Cartilha ilustrativa sobre cultivo de macroalgas marinhas sob condições de laboratório

Atena
Editora
Ano 2022

THALISIA C. DOS SANTOS, JOHANA MARCELA C. OBANDO, ELISABETE BARBARINO, ROBERTO CARLOS CAMPOS MARTINS E DIANA N. CAVALCANTI

Cartilha ilustrativa sobre cultivo de macroalgas marinhas sob condições de laboratório

Indexação: Amanda Kelly da Costa Veiga
Revisão: Os autores
Autores: Thalisia Cunha dos Santos
Johana Marcela Concha Obando
Elisabete Barbarino
Roberto Carlos Campos Martins
Diana Negrão Cavalcanti

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

C327 Cartilha ilustrativa sobre cultivo de macroalgas marinhas sob condições de laboratório / Thalisia Cunha dos Santos, Johana Marcela Concha Obando, Elisabete Barbarino, et al. – Ponta Grossa - PR: Atena, 2022.

Outros autores
Roberto Carlos Campos Martins
Diana Negrão Cavalcanti

Formato: PDF
Requisitos de sistema: Adobe Acrobat Reader
Modo de acesso: World Wide Web
Inclui bibliografia
ISBN 978-65-258-0765-2
DOI: https://doi.org/10.22533/at.ed.652222710

1. Algas marinhas. 2. Cultivo in vitro. I. Santos, Thalisia Cunha dos. II. Obando, Johana Marcela Concha. III. Barbarino, Elisabete. IV. Título.

CDD 579.8

Elaborado por Bibliotecária Janaina Ramos – CRB-8/9166

Atena Editora
Ponta Grossa – Paraná – Brasil
Telefone: +55 (42) 3323-5493
www.atenaeditora.com.br
contato@atenaeditora.com.br

DECLARAÇÃO DOS AUTORES

Os autores desta obra: 1. Atestam não possuir qualquer interesse comercial que constitua um conflito de interesses em relação ao conteúdo publicado; 2. Declaram que participaram ativamente da construção dos respectivos manuscritos, preferencialmente na: a) Concepção do estudo, e/ou aquisição de dados, e/ou análise e interpretação de dados; b) Elaboração do artigo ou revisão com vistas a tornar o material intelectualmente relevante; c) Aprovação final do manuscrito para submissão.; 3. Certificam que o texto publicado está completamente isento de dados e/ou resultados fraudulentos; 4. Confirmam a citação e a referência correta de todos os dados e de interpretações de dados de outras pesquisas; 5. Reconhecem terem informado todas as fontes de financiamento recebidas para a consecução da pesquisa; 6. Autorizam a edição da obra, que incluem os registros de ficha catalográfica, ISBN, DOI e demais indexadores, projeto visual e criação de capa, diagramação de miolo, assim como lançamento e divulgação da mesma conforme critérios da Atena Editora.

DECLARAÇÃO DA EDITORA

AGRADECIMENTOS

Agradecemos à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pelas bolsas de doutorado e mestrado. Este trabalho foi apoiado pela Fundação de Amparo à Pesquisa Carlos Chagas Filho do Estado do Rio de Janeiro (FAPERJ), nº E-26 / 110.205 / 2013, nº E-26 / 111.220 / 2014, e nº 211.069 / 2019. Um agradecimento especial Doron Ashkenazi (Israel) por disponibilizar algumas das fotografias usadas neste material.

Apresentação

Esta cartilha é resultado de uma motivação pessoal dos autores em proporcionar uma apresentação e divulgação de conhecimentos científicos sobre a linha de pesquisa de cultivo de macroalgas marinhas, sob condições controladas em laboratório, de forma didática e compilada.

As informações apresentadas neste documento foram obtidas através de uma revisão bibliográfica de estudos publicados nos últimos 20 anos sobre cultivo de macroalgas em condições laboratoriais. Apresentamos conceitos como: o que são macroalgas, porque são cultivadas e quais são os tipos de cultivo. Além disso, relatamos quais as espécies de algas marinhas que têm sido objeto de estudos por pesquisadores de todo o mundo. Ademais, apresentamos dados referentes aos fatores abióticos que influenciam a manutenção de macroalgas em laboratórios, as principais aplicações biotecnológicas atuais e as algas cultivadas no Brasil.

Dessa forma, o documento é destinado a toda comunidade acadêmica incluindo alunos e professores das áreas de ficologia, aquacultura e química de produtos naturais. Espera-se, portanto, que este material agregue conhecimento científico a todos aqueles que tenham interesse pela área de cultivo de algas marinhas.

Sumário

O que são macroalgas e porque cultivá-las?

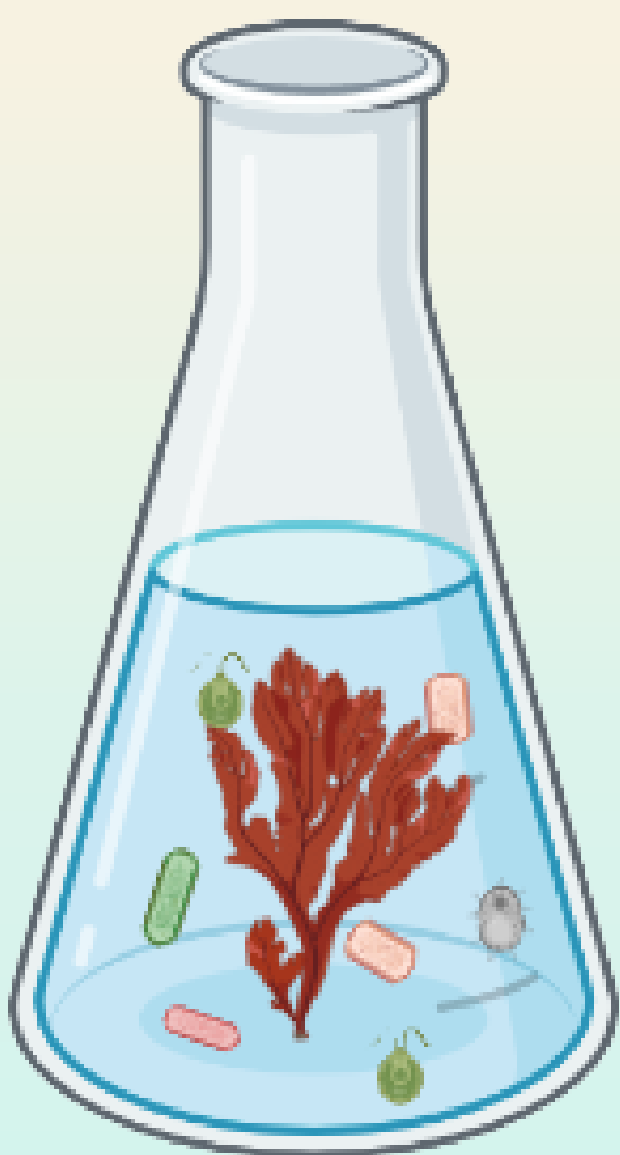
As algas marinhas são organismos que habitam habitats marinhos ou de água doce (Hasan e Chakrabarti, 2009; El Gamal, 2012), e têm despertado o interesse de pesquisadores por serem uma fonte comprovada de vários metabólitos biologicamente ativos (Cox et al., 2012). Com base no tipo de pigmento fotossintético, tipo de material de armazenamento e composição dos polissacarídeos da parede celular, as macroalgas são geralmente divididas em três grupos: algas verdes, vermelhas e marrons (MacArtain et al., 2007; Kadam e Tiwari, 2013; Makkar et al., 2016).

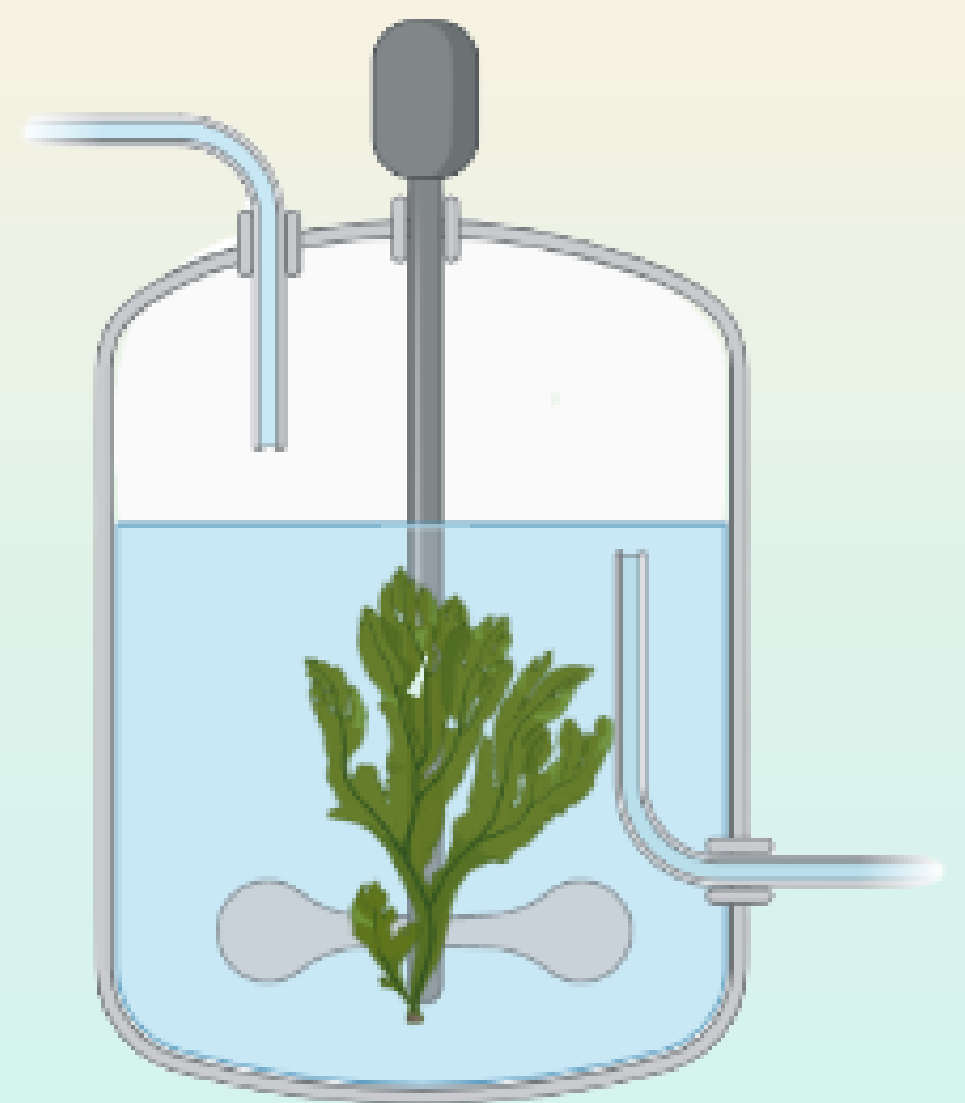
As algas marinhas têm potencial para ser uma matéria-prima valiosa para a biotecnologia. Dependendo da espécie de alga, é possível extrair diferentes componentes biológicos de alto valor agregado como: ácidos graxos, pigmentos esteróis, terpenos e outras substâncias que podem ser potencialmente utilizadas em um sistema de produção industrial.

Cultivo em condições de laboratório

O cultivo em laboratório permite isolar fatores ambientais e determinar sua influência no metabolismo das algas (Baweja et al., 2009), fisiologia e interações, além de possibilitar a produção de metabólitos relevantes (Rorrer e Cheney, 2004). Esta técnica pode ser utilizada como ferramenta na conservação e melhoramento das espécies de algas marinhas (Yokoya; Yoneshigue-Valentin, 2011).

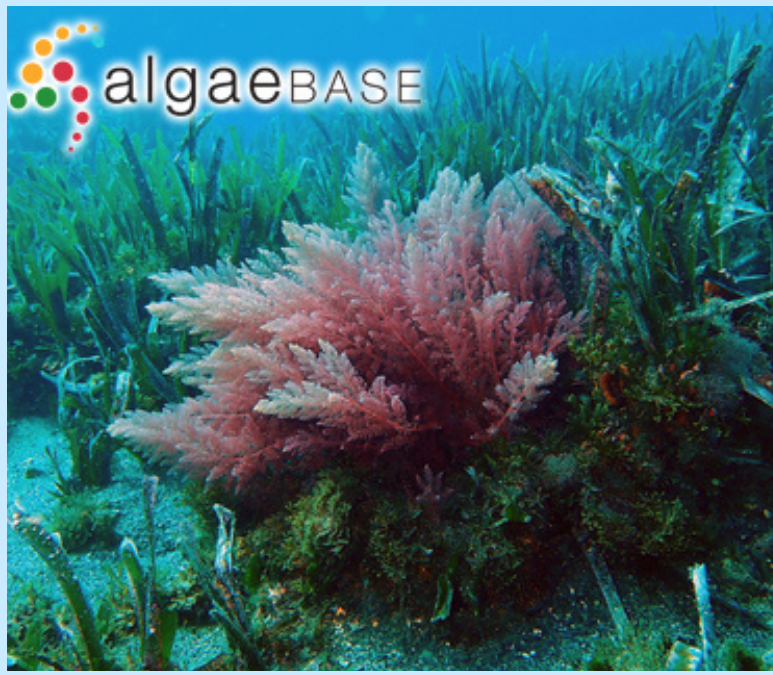
Dentre as técnicas de cultivo em condições de laboratório, pode-se destacar os seguintes tipos: Cultura axênica (aquela que é feita sem a presença de microorganismos) ou culturas não axênicas (feita com a presença de outros organismos associados). Pode ser realizada em aquários, fotobiorreator (Kawai et al., 2005) ou vidrarias como Erlenmeyer e balões.

Tipos de cultura de macroalgas

Não axênica

Axênica (*in vitro*)

Fotobiorreator

Quais macroalgas têm sido cultivadas?

Algas vermelhas (Rhodophyta) sob condições de laboratório

Asparagopsis taxiformis

Objetivo do cultivo: testar como a disponibilidade de carbono e nitrogênio determina a produção de bromofórmio e ácido dibromoacético (Mata et al. 2012). Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Chondracanthus chamisso

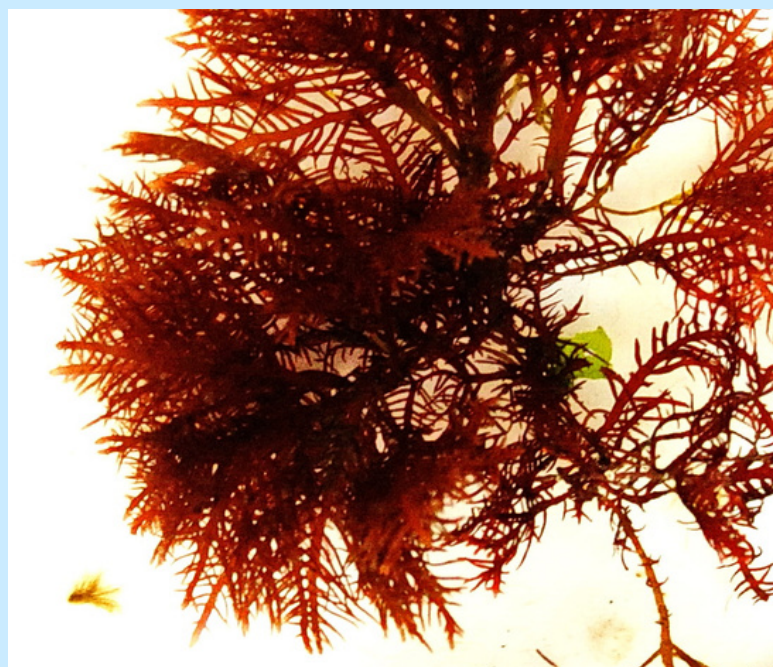
Objetivo do cultivo: identificar o endófito *Colaconema daviesii*, encontrado em talos desta alga por meio de sequenciamento de DNA e análise filogenética (Montoya et al. 2020).
Fonte da imagem :(Yang et al. 2015).

Delisea pulchra

Objetivo do cultivo: identificar espécies bacterianas novas e filogeneticamente diversas que podem causar a doença de branqueamento na alga *Delisea pulchra* (Kumar et al. 2016).
Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Gelidium canariensis

Objetivo do cultivo: analisar os níveis de PAs (poliaminas) em amostras de macroalgas marinhas coletadas naturalmente (Marián et al. 2000).
Fonte da imagem:
(https://www.biodiversidadcanarias.es/biota/especie/E03247)

Gelidium latifolium

Objetivo do cultivo: estudar o crescimento da biomassa e a sobrevivência de *Gelidium latifolium* em diferentes meios de cultura (Wijayanto et al. 2020).
Fonte da imagem:
(https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Gelidium_latifolium.jpg).

Gelidium lingulatum

Objetivo do cultivo: determinar mudanças na abundância e composição de bactérias epibióticas de algas expostas a PAR ou PAR + UV e seu desempenho fotossintético, usando fluorescência de clorofila *in vivo* (Dobretsov et al. 2020).
Fonte da imagem:
(http://coleccionpatriciosanchez.cl/gelidium-lingulatum-ku%CC%88tzing/).

Gracilaria caudata

Objetivo do cultivo: avaliar o efeito de *Ascophyllum* marine plant extract powder (AMPEP) no crescimento, desenvolvimento de ramos e conteúdo de pigmento nesta alga (Souza et al. 2019).
Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Gracilariopsis lemaneiformis

Objetivo do cultivo: monitorar o crescimento, fotossíntese e absorção de nitrato e fosfato em diferentes condições de dióxido de carbono e fósforo (Xu et al. 2010).
Fonte da imagem:
(http://intermareal.ens.uabc.mx/percebu/algas/Gracilariopsis-lemaneiformis.html).

Gracilaria corticata

Objetivo do cultivo: avaliar o crescimento, a indução do ramo e os teores de fenol total e DPPH, a diferentes concentração de AMPEP (Dawange and Jaiswar, 2020).
Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Algas vermelhas (Rhodophyta) sob condições de labóratorio

Gracilaria verrucosa

Objetivo do cultivo: estudar o efeito de reguladores de crescimento (IAA e BAP) na micropropagação de caules de *G. verrucosa* (Nurrahmawan et al. 2021).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Gracilariopsis chorda

Objetivo do cultivo: avaliar o efeito da luz e da temperatura no crescimento e fotossíntese de *Gracilariopsis chorda* (Terada et al. 2013).
Fonte da imagem: (https://tonysharks.com/).

Gracilariopsis tenuifrons

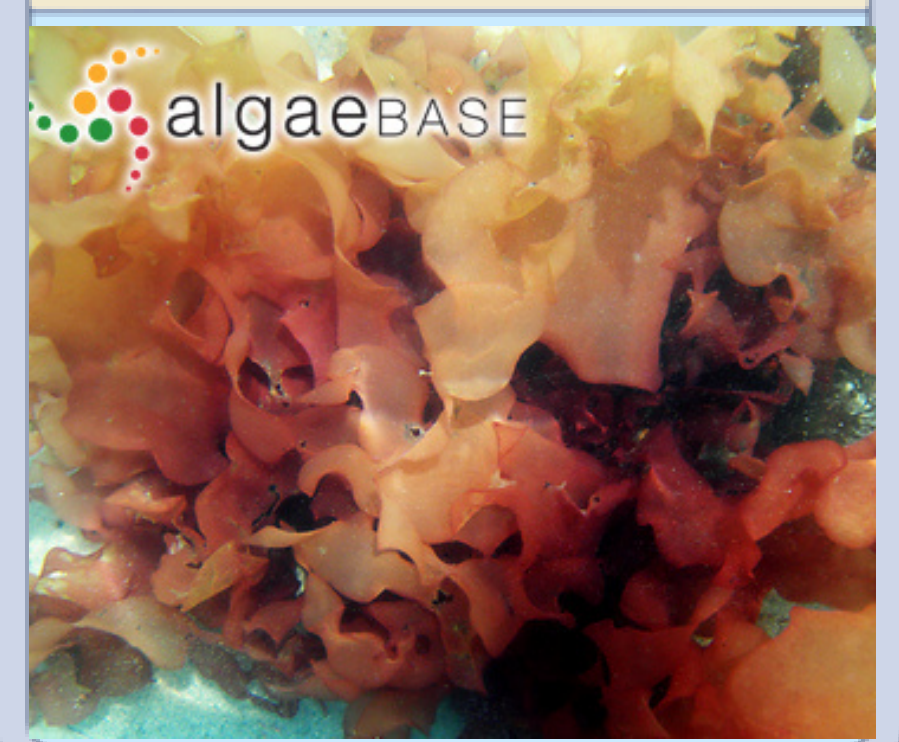
Objetivo do cultivo: analisar os níveis de irradiância, taxa de crescimento e composição de pigmentos em porções gametofíticas apicais (Torres et al. 2015).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Grateloupia dichotoma

Objetivo do cultivo: determinar a concentração de bioativos como pigmentos e compostos fenólicos (Vega et al. 2020).
Fonte da imagem: (https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Grateloupia_dichotoma_Crouan.jpg).

Grateloupia doryphora

Objetivo do cultivo: analisar os níveis de PAs (poliaminas) em amostras de macroalgas marinhas coletadas naturalmente (Marián et al. 2000).
Fonte da imagem: (https://www.japaneseknotweedkillers.com/a-red-alga).

Grateloupia turuturu

Objetivo do cultivo: isolar protoplastos e identificar efeitos dos principais fatores no rendimento de protoplastos para melhorar o protocolo de isolamento (Lafontaine et al. 2011).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Halopithys incurva

Objetivo do cultivo: determinar a concentração de bioativos como pigmentos e compostos fenólicos para *H. incurva* (Vega et al. 2020).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Hypnea musciformis

Ojetivo do cultivo: estudar as alterações bioquímicas e fisiológicas que ocorrem após uma curta exposição à gasolina (Ramlov et al. 2019).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Hypnea pseudomusciformis

Ojetivo do cultivo: analisar cenários de acidificação oceânica simulados pelo enriquecimento de CO2 na água do mar em três níveis de pH (8,0, 7,6 e 7,2) usando um sistema de biorreator (Nauer et al. 2021).
Fonte da imagem: (Nauer et al. 2020).

Algas vermelhas (Rhodophyta) sob condições de labóratorio

Hypnea spinella

Objetivo do cultivo: avaliar a atividade antioxidante e o teor de componentes fenólicos (Vega et al.,2020).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Kappaphycus alvarezii

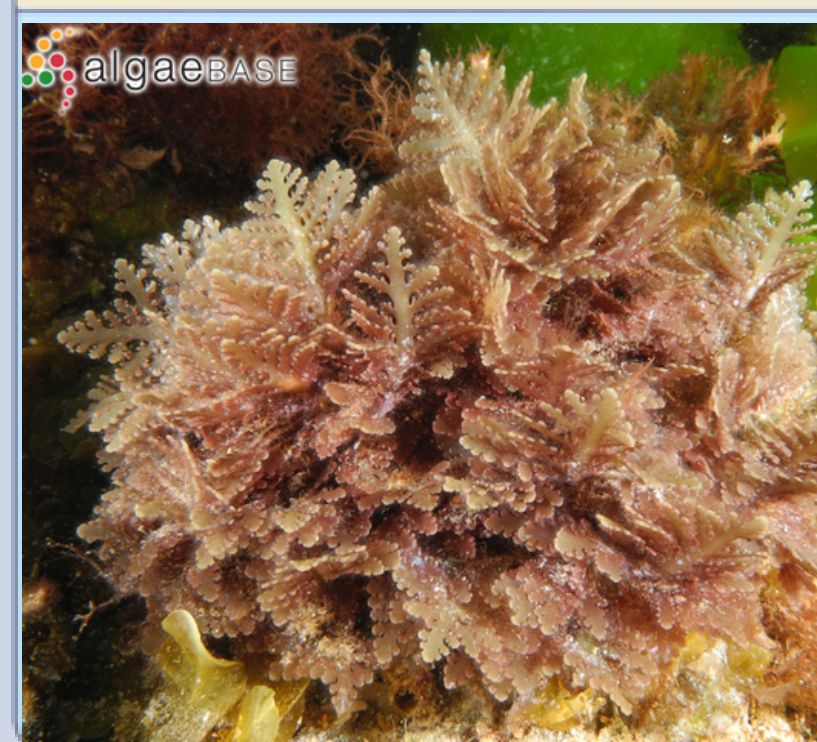
Objetivo do cultivo: estudar a capacidade de sobrevivência e crescimento usando fragmentos de *K. alvarezii* em diferentes regimes de salinidade e temperatura (Mandal et al. (2015).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Kappaphycus malesianus

Objetivo do cultivo: otimizar o uso de pó do extrato de *Ascophyllum nodosum* atuando como um bioestimulante (Ali et al. ,2020).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Kappaphycus striatus

Objetivo do cultivo: usar e avaliar nanopartículas de prata no processo de esterilização de explantes e os efeitos dos meios de cultura, reguladores de crescimento (Mo et al. 2020).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

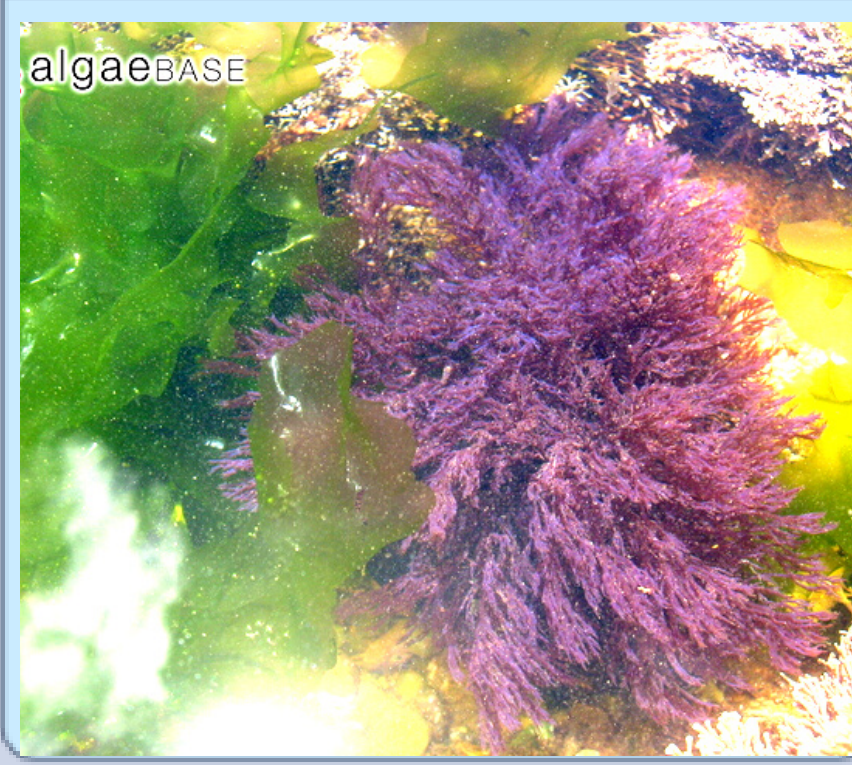
Laurencia brongniartii

Objetivo do cultivo: desenvolver um método para isolar e cultivar explantes unialgais em diferentes concentrações de nitrato e avaliar a influência nas taxas de crescimento (Nishihara et al. 2004).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Laurencia catarinensis

Objetivo do cultivo: melhorar o sistema de cultivo para produção de biomassa, para avaliar o crescimento e o teor de proteínas totais, pigmentos e carboidratos da alga *L. catarinensis* (Araújo et al. 2021).
Fonte da imagem: (Ibraheem et al. 2014).

Laurencia dendroidea

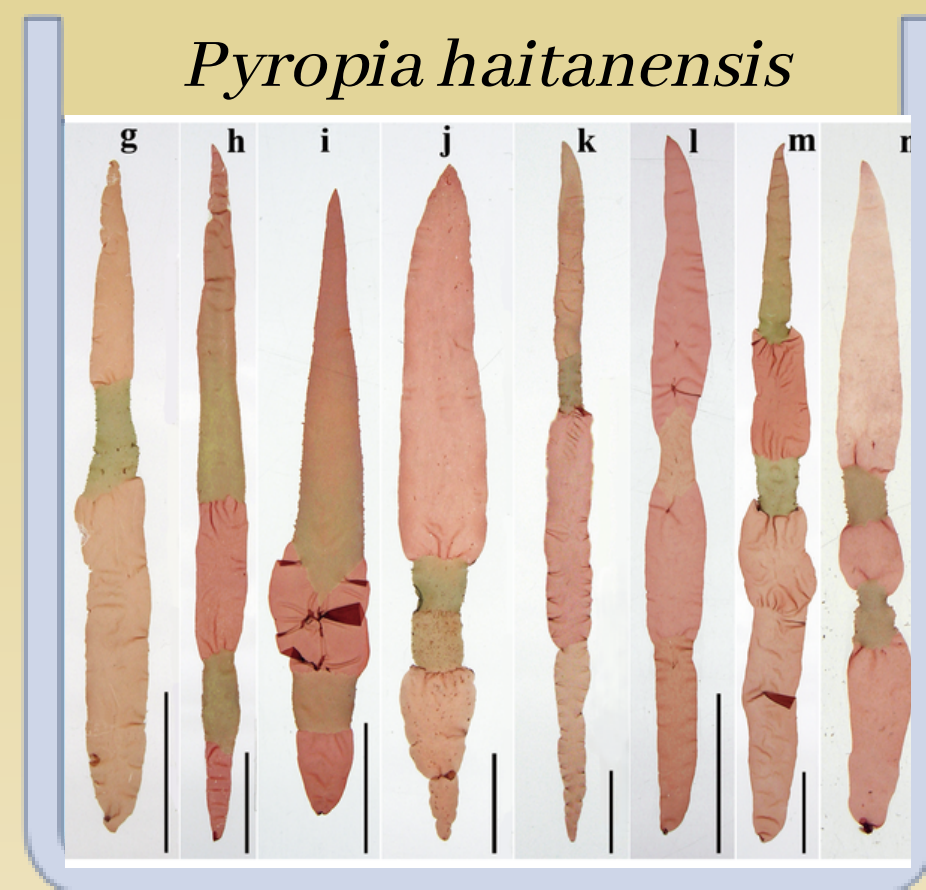
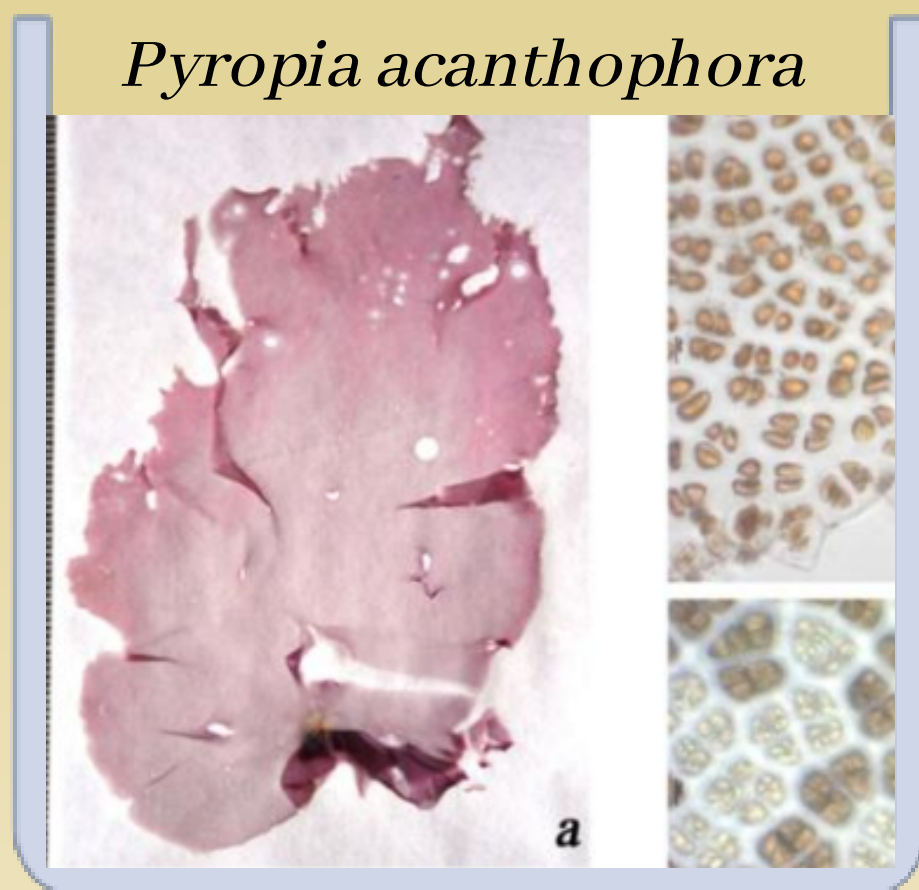
Objetivo do cultivo: determinar a concentração de bioativos como pigmentos e compostos fenólicos (Vega et al. 2020).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Ochtodes secundiramea

Objetivo do cultivo: avaliar o perfil do espectro de monoterpenos halogenados produzidos em um sistema de cultura de laboratório de *O. secundiramea* (Maliakal et al. 2001).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Portieria hornemannii

Objetivo do cultivo: comparar a produção dos monoterpenos halogenados de microplântulas de *Ochtodes secundiramea* e *Portieria hornemannii* cultivadas em fotobiorreator sob condições idênticas (Barahona e Rorrer 2003).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Algas vermelhas (Rhodophyta) sob condições de labóratorio

Pterocladiella capillacea

Objetivo do cultivo: determinar concentração de bioativos como pigmentos e compostos fenólicos (Vega et al. 2020).

Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Pyropia acanthophora

Objetivo do cultivo: determinar se as concentrações de nitrato na água do mar influenciam a taxa de crescimento, ultraestrutura, concentração e autofluorescência de pigmentos fotossintéticos e concentração de metabólitos secundários (Pereira et al. 2020).

Fonte da imagem:
(Kavale et al. 2015).

Pyropia haitanensis

Objetivo do cultivo: investigar as relações entre bactérias da fitosfera e a alga em uma base metabolômica usando GC-MS (Xiong et al. 2018).

Fonte da imagem:
(Zhang et al. 2013).

Pyropia yezoensis

Objetivo do cultivo: determinar as concentrações de zeaxantina em esporófitos sob condições de luz relativamente alta e luz relativamente baixa (Xie et al. 2020).

Fonte da imagem:
(https://tonysharks.com).

Rhodymenia holmesi

Objetivo do cultivo: estudar as interações com *Ostreopsis* cf. *ovata* em condições de laboratório usando (i) tecidos frescos de macroalgas, (ii) meios de cultura filtrados e (iii) meios com adição de pó de macroalgas secas em diferentes concentrações (Accoroni et al., 2015).

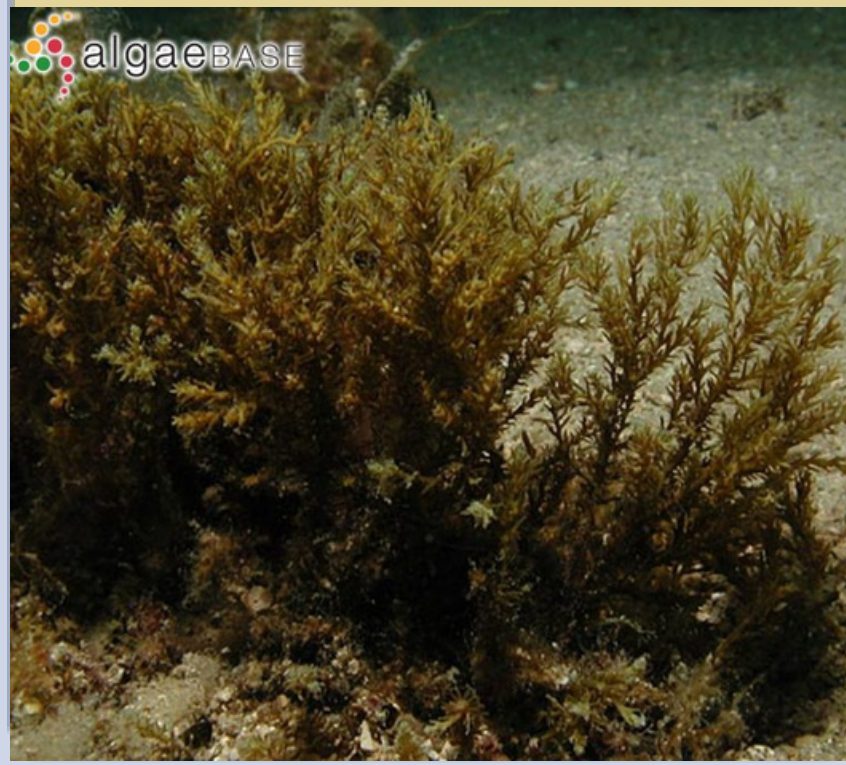
Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Algas pardas (Ochrophyta) sob condições de laboratório

Ascophyllum nodosum

Objetivo do cultivo: avaliar os efeitos da luz e nitrogênio no teor de florotaninos (Pavia e Toth, 2000).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Cystoseira amentacea

Objetivo do cultivo: avaliar a eficácia da abordagem *ex situ* em termos da presença, cobertura e crescimento dos juvenis de *C. amentacea* (De La Fuente et al., 2019).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Cystoseira barbata

Objetivo do cultivo: Testar métodos de restauração não destrutivos para diferentes estágios de restauração de *C. barbata* (Verdura et al. 2018).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Dictyota adnata

Objetivo do cultivo: estudar o feito da temperatura, salinidade e intensidade de luz na formação e desenvolvimento de ramos secundários de alga (Kyaw et al., 2009).
Fonte da imagem: (http://cfb.unh.edu/phycokey_image_page.htm).

Dictyota dichotoma

Objetivo do cultivo: avaliar os fatores abióticos que controlam o crescimento, sobrevivência, fertilidade e liberação de esporos (Bogaert et al. 2016).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Dictyota menstrualis

Objetivo do cultivo: avaliar o efeito da concentração de dióxido de carbono e nitrogênio sobre as atividades de fotossíntese, da nitrato redutase, anidrase carbônica e Rubisco (Martins et al. 2016).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Ectocarpus siliculosus

Objetivo do cultivo: analisar o genoma do modelo de algas marrons *E. siliculosus* e identificar os genes potencialmente envolvidos no ciclo do manitol (Groisillier et al. 2014).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

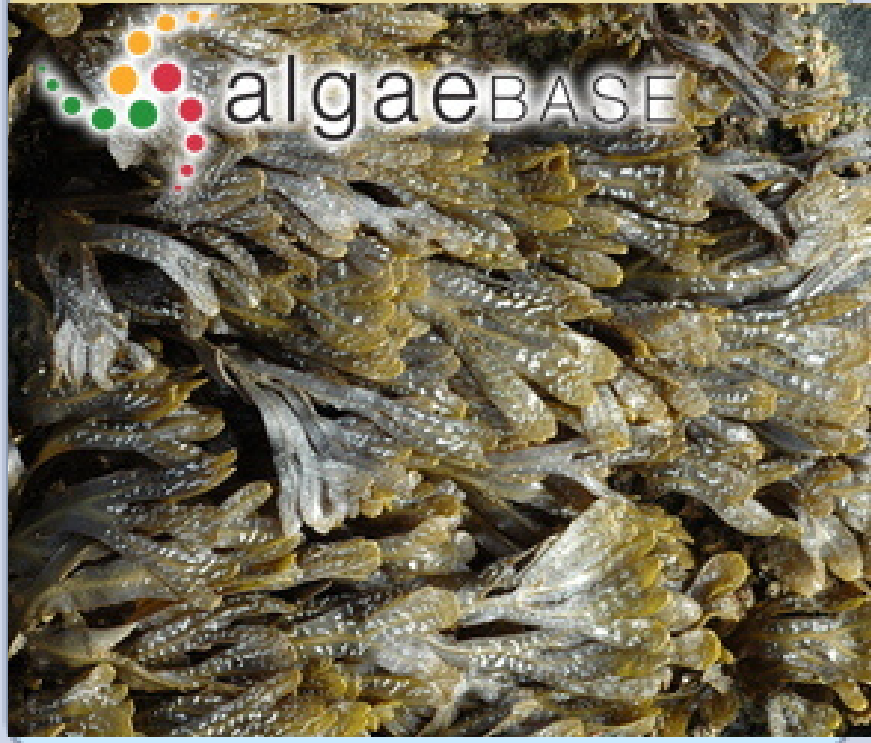
Ectocarpus subulatus

Objetivo do cultivo: identificar a microbiota associada a esta macroalga e suas funções de simbiontes bacterianos durante o estresse abiótico em ambientes experimentais controláveis e reprodutíveis (KleinJan et al. 2017).
Fonte da imagem: (https://www.ccap.ac.uk/catalogue/strain-1310-34).

Fucus serratus

Objetivo do cultivo: monitorar as características de absorção de nitrato e fosfato em condições de salinidade reduzida (Gordillo et al. 2002).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Algas pardas (Ochrophyta) sob condições de laboratório

Fucus spiralis

Objetivo do cultivo: avaliar a atividade antioxidante e o teor de componentes fenólicos em uma cultura em fotobiorreator (Vega et al., 2020).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Fucus vesiculosus

Objetivo do cultivo: monitorar a poluição por nitrogênio em diferentes locais (Bailes e Gröcke, 2020).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Laminaria digitata

Objetivo do cultivo: estudar a regeneração de tecidos meristemáticos de esporófitos de *L. digitata* por protoplasto e cultura de tecidos (Mussio e Rusig, 2009).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Sargasum fusiforme

Objetivo do cultivo: estudar os efeitos do dióxido de carbono atmosférico sobre o crescimento, fotossíntese e metabolismo do nitrogênio de *S. fusiforme* (Zou, 2005).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Sargassum cymosum

Objetivo do cultivo: estudar as respostas de fotoaclimatação para determinar sua organização citoquímica e ultraestrutural, bem como pigmentos e desempenho fotossintéticos (Polo et al., 2014).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Sargassum hemiphyllum

Objetivo do cultivo: avaliar a absorção e armazenamento de nitrogênio e taxa de crescimento de mudas da alga (Han et al., 2018).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Sargassum horneri

Objetivo do cultivo: avaliar tratamentos com baixas doses de radiação gama 60Co, os efeitos hormonais e a tolerância a altas temperaturas em *S. horneri* (Huang e Chen, 2018).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Sargassum muticum

Objetivo do cultivo: determinar os efeitos do estresse salino em vários estágios de vida de *S. muticum* (Steen, 2004).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Sargassum polycystum

Objetivo do cultivo: determinar a liberação de ovos e fertilização de *S. polycystum* em resposta a diferentes condições ambientais (Magcanta et al., 2021).
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Algas pardas (Ochrophyta) sob condições de laboratório

Sargassum stenophyllum

Objetivo do cultivo: estudar o efeito de diferentes salinidades e temperaturas médias de inverno e verão para avaliar a eficiência fotossintética e a taxa máxima de transporte de elétrons (Scherner et al., 2013).

Fonte da imagem:
(Camacho et al. 2015).

Gongolaria abies-marina

Objetivo do cultivo: determinar o efeito dos espectros de luz LED no crescimento, pigmento e composição bioquímica de *G. barbata* (Öztaşkent e Ak, 2021).

Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Undaria pinnatifida

Objetivo do cultivo: avaliar os efeitos combinados da disponibilidade de nutrientes, temperatura da água do mar e irradiância na cor e conteúdo de pigmentos (Endo et al., 2017) .

Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Algas verdes (Chlorophyta) sob condições de laboratório

Caulerpa letillifera

Objetivo do cultivo: estudar os impactos interativos da temperatura e nitrogênio na fisiologia das algas para medir o crescimento, os componentes celulares, a fotossíntese e a respiração escura de uma alga verde (Cai et al 2021).

Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Caulerpa racemosa

Objetivo do cultivo: determinar a concentração de bioativos como pigmentos e compostos fenólicos (Vega et al. 2020).

Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Cladophora sp.

Objetivo do cultivo: desenvolver um fotobiorreator de macroalgas integrado em um edifício. o sistema foi demonstrado por 6 meses permitindo quantificar a taxa de crescimento, proteína, cinzas, densidade energética específica e determinado teor de carboidratos (Chemodanov et al. 2017).

Fonte da imagem: (http://www.biopix.com/cladophora-sp_photo-53563.aspx).

Codium intertextum

Objetivo do cultivo: determinar a concentração de bioativos como pigmentos e compostos fenólicos (Vega et al. 2020).

Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Gaylaria sp.

Objetivo do cultivo: comparar a base biológica para o cultivo de duas populações de *Gayralia spp.* (Pellizzari et al. 2008).

Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Monotroma oxyspermum

Objetivo do cultivo: isolar e caracterizar filogeneticamente as bactérias marinhas capazes de induzir o desenvolvimento normal de *M. oxyspermum* (Matsuo et al. 2003).

Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Ulva clathrata

Objetivo do cultivo: quantificar os metabólitos secundários dimetilsulfoniopropionato e seu produto de degradação, o gás dimetilsulfeto usando várias concentrações de dióxido de carbono (Kerrison et al. 2012).

Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Ulva compressa

Objetivo do cultivo: desenvolver um fotobiorreator de macroalgas integrado em um edifício. o sistema foi demonstrado por 6 meses permitindo quantificar a taxa de crescimento, proteína, cinzas, densidade energética específica e determinado teor de carboidratos (Chemodanov et al. 2017).

Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Ulva faciata

Objetivo do cultivo: estudar os efeitos da hormesis em macroalgas cultivadas sob uma dose baixa de radiação de raios-x 60CoGermlings homogêneos (Chen, 2011).

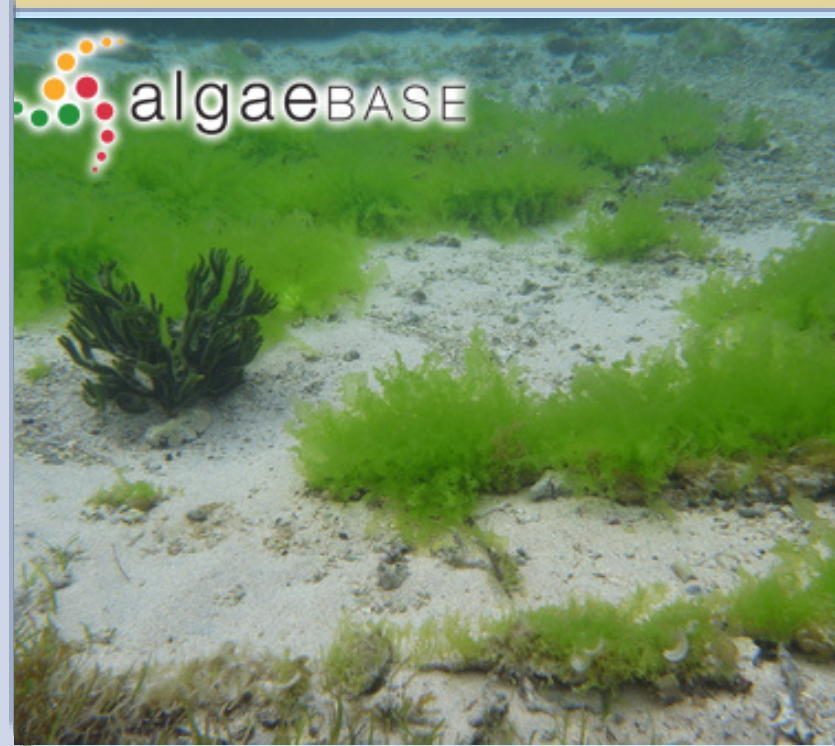
Fonte da imagem: (https://www.algaebase.org/).

Algas verdes (Chlorophyta) sob condições de laboratório

Ulva lactuca

Objetivo do cultivo: quantificar os metabólitos secundários dimetilsulfoniopropionato e seu produto de degradação, o gás dimetilsulfeto de incubação usando várias concentrações de dióxido de carbono (Kerrison et al. 2012).

Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Ulva linza

Objetivo do cultivo: avaliar se outras espécies de *Ulva* e *U. mutabilis* poderiam ser cultivadas axenicamente em laboratório, e se os sinais que regulam a esporulação, morfogênioesis, e o desenvolvimento são conservados entre as espécies (Vesty et al., 2015).

Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Ulva lobata

Objetivo do cultivo: avaliar a eficácia regenerativa dos talos criopreservados em condições ambientais naturais (Lalrinsanga et al. 2009).

Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

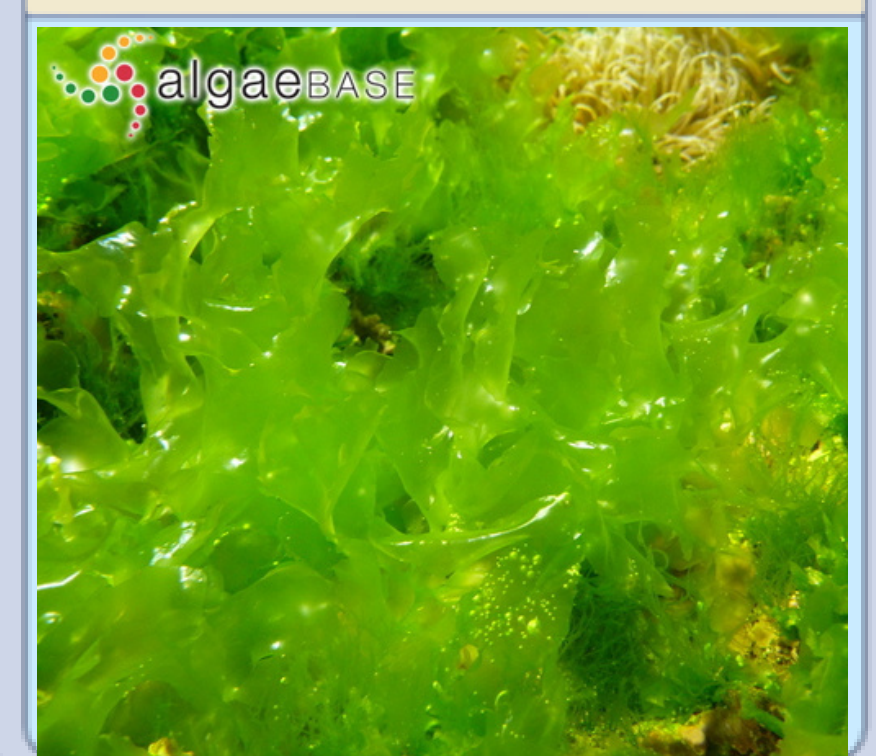
Ulva mutabilis

Objetivo do cultivo: estudar as interações químicas entre cepas bacterianas e a alga *U. mutabilis.* As espécies de bactérias *Roseobacter*, *Sulfitobacter* e *Halomonas* foram isoladas (Spoerner et al., 2012).

Fonte da imagem:
(Wichard 2015).

Ulva reticulata

Objetivo do cultivo: estudar a distribuição em todo o genoma e o padrão dos locais de metilação do DNA para investigar as variações epigenéticas decorrentes de morfotipos derivados de protoplastos (filamentosos e esféricos) (Gupta et al. 2012).

Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Ulva rigida

Objetivo do cultivo: desenvolver um fotobiorreator de macroalgas integrado em um edifício. o sistema foi demonstrado por 6 meses permitindo quantificar a taxa de crescimento, proteína, cinzas, densidade energética específica e determinado teor de carboidratos .

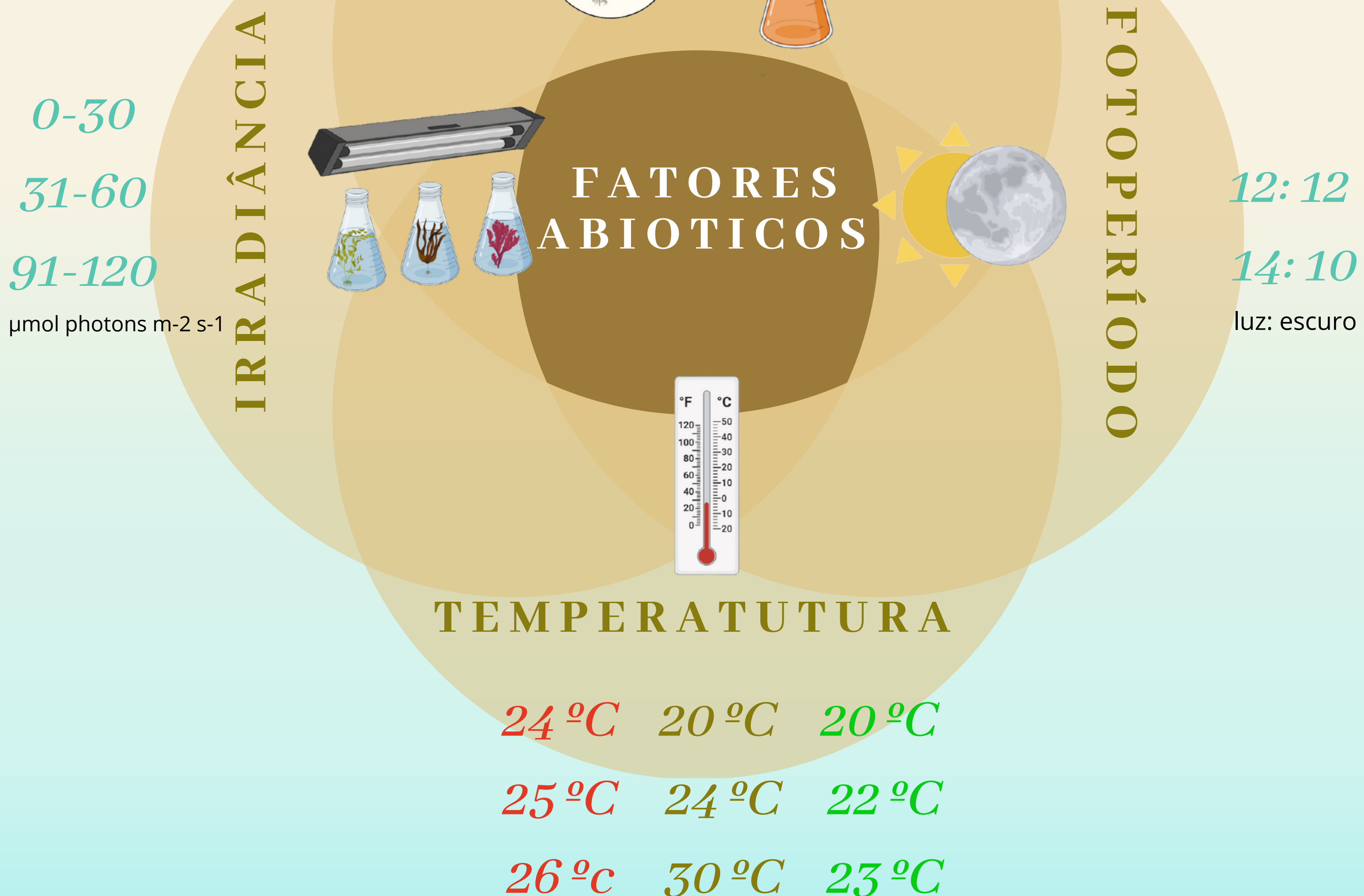
Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

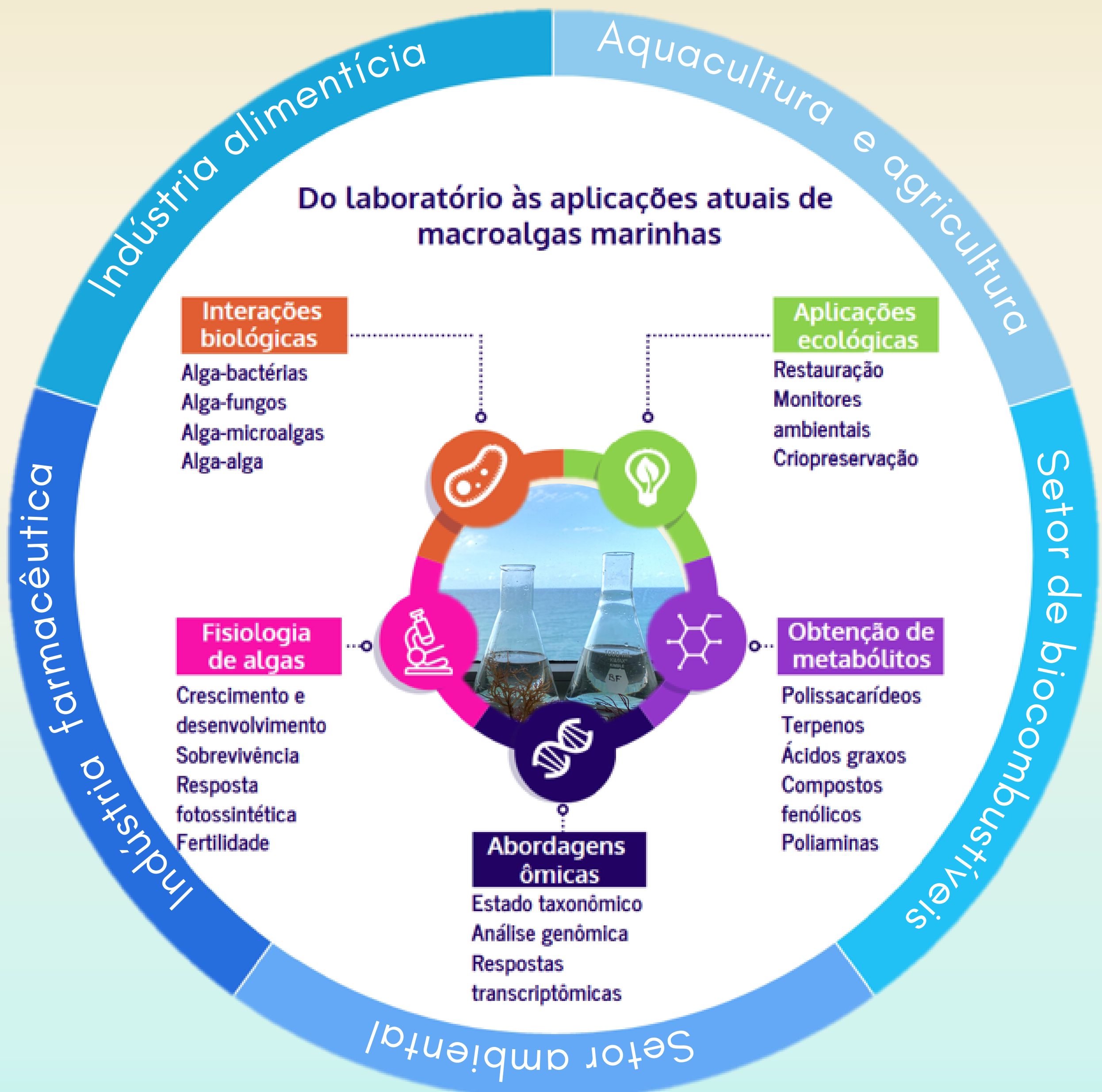
Ulva ohnoi

Objetivo do cultivo: avaliar o potencial das nanopartículas à base de quitosana desta alga para incorporar a ulvana como nanotransportador no macrófago de *Solea senegalensis* (Fernández-Díaz et al. 2017).

Fonte da imagem:
(https://www.algaebase.org/).

Que fatores abióticos são usados nos cultivos de macroalgas?

Fatores abióticos influenciam diretamente a manutenção das macroalgas em laboratório e conhecê-los é fundamental para o estabelecimento de um sistema de cultivo. Aqui apresentamos os meios de cultivo, irradiância e fotoperíodo mais usados para os três grupos de algas. As temperaturas foram descritas para cada grupo.

Aplicações biotecnológicas atuais

As macroalgas marinhas cultivadas em laboratório são uma fonte sustentável de produtos que são utilizadas como medicamentos, combustíveis, cosméticos, alimentos para animais e humanos, fertilizantes e no tratamento de resíduos industriais, por exemplo. Aqui são apresentados os principais objetivos de estudo no cultivo de macroalgas em condições de laboratório e suas potenciais aplicações biotecnológicas.

Algas cultivadas no Brasil

Entre as macroalgas cultivadas em laboratório no Brasil destacam-se as algas pertencentes aos gêneros *Gracilaria*, *Kappaphycus*, *Gracilariopsis*, *Laurencia*, *Hypnea*, *Pyropia*, *Dictyota*, *Sargassum* e *Ulva*.

Espécie cultivada (Referência), Local de coleta/ Local de estudo

(1) *Dictyota menstrualis*, (Martins et al. 2016), RN/SP.

(2) *Gayralia* spp. (Pellizzari et al. 2008), PR/SP.

(3) *Gracilaria caudata e Laurencia catarinensis (Souza et al., 2019), PE e RJ/ SP.*

(4) *Gracilariopsis tenuifrons (Torres et al., 2015), BG0039, Germplasm Bank/ SP.*

(5) *Hypnea musciformis (Ramlov et al., 2019), SC/SC.*

(6) *Hypnea pseudomusciformis (Nauer et al .2021), SC/SP.*

(7) *Kappaphycus alvarezii (Schmidt et al. 2010), SC/ SC.*

(8) *Kappaphycus alvarezii (Zitta et al. 2013), SC/SC.*

(9) *Kappaphycus alvarezii (La Macchia Pedra et al. 2017), SC /SC.*

(10) *Kappaphycus alvarezii (Pires et al. 2021), SC/ SC.*

(11)*Kappaphycus alvarezi (Ventura 2020), SC/SC.*

(12) *Laurencia catarinensis (Araújo 2021), RJ/SP.*

(13) *Pyropia acanthophora (Pereira et al. 2020), SC/SC.*

(14) *Sargassum cymosum (Polo et al 2015), SC/SC.*
Sargassum cymosum (Polo et al. 2014), SC/SC.

(15) *Sargassum cymosum e*
Hypnea pseudomusciformis (Costa et al, 2019), SC/SC.

(16) *Ulva lactuca e Sargassum stenophyllum (Scherner et al. 2013), SC/SC.*

- Cox, S.; Gupta, S.; Abu-Ghannam, N. Effect of different rehydration temperatures on the moisture, content of phenolic compounds, antioxidant capacity and textural properties of edible Irish brown seaweed. LWT Food Sci. Tech. 2012, 47, 300–307. algas
- Hasan, M. R. & Rina, C. (2009). Use of algae and aquatic macrophytes as feed in small-scale aquaculture: a review (No. 531). Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO).
- El Gamal, A. A. (2010). Biological importance of marine algae. Saudi Pharmaceutical Journal, 18(1), 1-25.
- MacArtain, P., Gill, C. I., Brooks, M., Campbell, R. & Rowland, I. R. (2007). Nutritional value of edible seaweeds. Nutrition Reviews, 65(12), 535-543.
- Kadam, S. U., Tiwari, B. K. & O'Donnell, C. P. (2013). Application of novel extraction technologies for bioactives from marine algae. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 61(20), 4667-4675.
- Makkar, H. P., Tran, G., Heuzé, V., Giger-Reverdin, S., Lessire, M., Lebas, F. & Ankers, P. (2016). Seaweeds for livestock diets: A review. Animal Feed Science and Technology, 212, 1-17
- Baweja, P., Sahoo, D., García-Jiménez, P. & Robaina, R. R. (2009). Seaweed tissue culture as applied to biotechnology: problems, achievements and prospects. Phycological Research, 57(1), 45-58.
- Rorrer, G. L. & Cheney, D. P. (2004). Bioprocess engineering of cell and tissue cultures for marine seaweeds. Aquacultural Engineering, 32(1), 11-41.
- Yokoya, N. S. & Yoneshigue-Valentin, Y. (2011). Micropropagation as a tool for sustainable utilization and conservation of populations of Rhodophyta. Revista Brasileira de Farmacognosia, 21(2), 334-339.
- Kawai, H., Motomura, T. & Okuda, K. (2005). Isolation and purification techniques for macroalgae. Algal Culturing Techniques, 133.
- Mata L., Gaspar H. & Santos R., 2012. Carbon/nutrient balance in relation to biomass production and halogenated compound content in the red alga *Asparagopsis taxiformis* (Bonnemaisoniaceae). Journal of Phycology, 48:248–253. https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2011.01083.x
- Montoya V., Meynard A., Contreras-Porcia L., et al. 2020. Molecular identification, growth, and reproduction of *Colaconema daviesii* (Rhodophyta; Colaconematales) endophyte of the edible red seaweed *Chondracanthus chamisso*i. Journal of Applied Phycology, 32:3533–3542. https://doi.org/10.1007/s10811-020-02176-3
- Kumar V., Zozaya-Valdes, E., Kjelleberg, S., et al., 2016. Multiple opportunistic pathogens can cause bleaching disease of the red seaweed *Delisea pulchra* Vipra. Environmental Microbiology, 18:3962–3975. https://doi.org/doi:10.1111/1462-2920.13403
- Marián F.D., García-Jiménez P. & Robaina R.R. 2000. Polyamines in marine macroalgae: Levels of putrescine, spermidine and spermine in the thalli and changes in their concentration during glycerol-induced cell growth in vitro. Physiologia Plantarum, 110:530–534. https://doi.org/10.1034/j.1399-3054.2000.1100416.x
- Wijayanto A., Widowati I., Winanto T., 2020. Domestication of red seaweed (*Gelidium latifolium*) in different culture media. Ilmu Kelaut Indonesian Journal of Marine Sciences, 25:39–44. https://doi.org/10.14710/ik.ijms.25.1.39-44
- Dobretsov S., Véliz K., Romero M.S., et al., 2020. Impact of UV radiation on the red seaweed *Gelidium lingulatum* and its associated bacteria. European Journal Phycology, 00:1–13. https://doi.org/10.1080/09670262.2020.1775309
- Souza J.M.C., Castro J.Z., Critchley A.T., et al., 2019. Physiological responses of the red algae *Gracilaria caudata* (Gracilariales) and *Laurencia catarinensis* (Ceramiales) following treatment with a commercial extract of the brown alga Ascophyllum nodosum (AMPEP). Journal of Applied Phycology, 31:1883–1888. https://doi.org/10.1007/s10811-018-1683-z
- Xu Z., Zou D., Gao K., 2010. Effects of elevated CO2 and phosphorus supply on growth, photosynthesis and nutrient uptake in the marine macroalgae *Gracilaria lemaneiformis* (Rhodophyta). Botanica Marina, 53:123–129. https://doi.org/10.1515/BOT.2010.012
- Dawange P. & Jaiswar S., 2020. Effects of *Ascophyllum* marine plant extract powder (AMPEP) on tissue growth, proximate, phenolic contents, and free radical scavenging activities in endemic red seaweed *Gracilaria corticata* var. *cylindrica* from India. Journal of Applied Phycology, 32:4127–4135. https://doi.org/10.1007/s10811-020-02254-6
- Nurrahmawan M.E., Oktafitria D., Purnobasuki H., et al., 2021. In vitro shoot micropropagation of *Gracilaria verrucosa* using plant growth dual regulators. AACL Bioflux 14:655–663
- Terada R., Inoue S., Nishihara G.N., 2013. The effect of light and temperature on the growth and photosynthesis of *Gracilariopsis chorda* (Gracilariales, Rhodophtya) from geographically separated locations of Japan. Journal of Applied Phycology, 25:1863–1872. https://doi.org/10.1007/s10811-013-0030-7
- Torres, P.B., Chow, F. & Santos D.Y., 2015. Growth and photosynthetic pigments of *Gracilariopsis tenuifrons* (Rhodophyta, Gracilariaceae) under high light in vitro culture. Journal of Applied Phycology, 27:1243–1251. https://doi.org/10.1007/s10811-014-0418-z
- Vega J., Álvarez-Gómez F., Güenaga L., et al., 2020. Antioxidant activity of extracts from marine macroalgae, wild-collected and cultivated, in an integrated multi-trophic aquaculture system. Aquaculture 522: 735088. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735088
- Lafontaine N., Mussio I., Rusig A.M., 2011. Production and regeneration of protoplasts from *Grateloupia turuturu* Yamada (Rhodophyta). Journal of Applied Phycology, 23:17–24. https://doi.org/10.1007/s10811-010-9527-5
- Ramlov F., Carvalho T.J.G., Costa G.B., et al., 2019. *Hypnea musciformis* (Wulfen) J. V. Lamour. (Gigartinales, Rhodophyta) responses to gasoline short-term exposure: Biochemical and cellular alterations. Acta Botanica Brasilica 33:116–127. https://doi.org/10.1590/0102-33062018abb0379
- Nauer F., Borburema H.D.S., Yokoya NS, et al., 2021. Effects of ocean acidification on growth, pigment contents and antioxidant potential of the subtropical Atlantic red alga *Hypnea pseudomusciformis* Nauer, Cassano & M.C. Oliveira (Gigartinales) in laboratory. Revista Brasileira de Botanica, 44:69–77. https://doi.org/10.1007/s40415-020-00693-6

- Mandal S.K., Ajay G., Monisha N., et al., 2015. Differential response of varying temperature and salinity regimes on nutrient uptake of drifting fragments of *Kappaphycus alvarezii*: implication on survival and growth. Journal of Applied Phycology, 27:1571–1581. https://doi.org/10.1007/s10811-014-0469-1
- Ali M.K.M., Critchley A.T., Hurtado A.Q., 2020. Micropropagation and sea-based nursery growth of selected commercial *Kappaphycus* species in Penang, Malaysia. Journal of Applied Phycology, 32:1301–1309. https://doi.org/10.1007/s10811-019-02003-4
- Mo V.T., Cuong L.K., Tung H.T., et al., 2020. Somatic embryogenesis and plantlet regeneration from the seaweed *Kappaphycus striatus.* Acta Physiologiae Plantarum 42:1–11. https://doi.org/10.1007/s11738-020-03102-3
- Nishihara G.N., Mori Y., Terada R., et al., 2004. A simplified method to isolate and cultivate, *Laurencia brongniartii* J. Agardh (Rhodophyta, Ceramiales) from Kagoshima, Japan. Aquaculture Science, 52:1–10. https://doi.org/10.11233/aquaculturesci1953.52.1
- Araújo P.G., Souza J.M.C., Pasqualetti C.B., et al., 2021. Auxin and cytokinin combinations improve growth rates and protein contents in *Laurencia catarinensis* (Rhodophyta). Journal of Applied Phycology, 33:1071–1079. https://doi.org/10.1007/s10811-020-02334-7
- Maliakal S., Cheney D.P., Rorrer G.L., 2001. Halogenated monoterpene production in regenerated plantlet cultures of *Ochtodes secundiramea* (Rhodophyta, Cryptonemiales). Journal of Applied Phycology, 37(6), 1010-1019. https://doi.org/10.1046/j.1529-8817.2001.00120.x
- Barahona L.F., Rorrer G.L., 2003. Isolation of halogenated monoterpenes from bioreactor-cultured microplantlets of the macrophytic red algae *Ochtodes secundiramea* and *Portieria hornemannii*. Journal of Natural Products, 66:743–751. https://doi.org/10.1021/np0206007.
- Pereira, D. T., Ouriques, L. C., Bouzon, Z. L. & Simioni, C., 2020. Effects of high nitrate concentrations on the germination of carpospores of the red seaweed *Pyropia acanthophora* var. *brasiliensi*s (Rhodophyta, Bangiales). Hydrobiologia, 847:1, 217-228. https://doi.org/10.1007/s10750-019-04083-2
- Xiong Y., Yang R., Sun X., et al., 2018. Effect of the epiphytic bacterium *Bacillus sp.* WPySW2 on the metabolism of *Pyropia haitanensis*. Journal of Applied Phycology, 30:1225–1237. https://doi.org/10.1007/s10811-017-1279-z
- Xie X., Lu X., Wang L., et al., 2020. High light intensity increases the concentrations of β-carotene and zeaxanthin in marine red macroalgae. Algal Research, 47:101852. https://doi.org/10.1016/j.algal.2020.101852
- Accoroni S., Percopo I., Cerino F., et al., 2015. Allelopathic interactions between the HAB dinoflagellate *Ostreopsis cf. ovata* and macroalgae. Harmful Algae 49:147–155. https://doi.org/10.1016/j.hal.2015.08.007
- Pavia H, Toth G.B., 2000. Influence of light and nitrogen on the phlorotannin content of the brown seaweeds *Ascophyllum nodosum* and *Fucus vesiculosus*. Hydrobiologia 440:299–305. https://doi.org/10.1023/A:1004152001370
- De La Fuente G., Chiantore M., Asnaghi V., et al., 2019. First ex situ outplanting of the habitat-forming seaweed *Cystoseira amentacea* var. stricta from a restoration perspective. PeerJ 7:. https://doi.org/10.7717/peerj.7290
- Verdura J., Sales M., Ballesteros E., et al., 2018. Restoration of a canopy-forming alga based on recruitment enhancement: Methods and long-term success assessment. Front Plant Science, 9:1–12. https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01832
- Kyaw S.P.P., Wai M.K., Nyunt T. et al., 2009. Effects of light intensity on the formation and growth of the secondary branches of *Dictyota adnata* Zanardini grown in different salinity and temperature regimes. Journal of the Myanmar Academy of Arts and Science, 7: 321-331
- Bogaert K., Beeckman T., De Clerck, O., 2016. Abiotic regulation of growth and fertility in the sporophyte of *Dictyota dichotoma* (Hudson) J.V. Lamouroux (Dictyotales, Phaeophyceae). Journal of Applied Phycology, 28:2915–2924. https://doi.org/10.1007/s10811-016-0801-z
- Martins A.P., Yokoya N.S., Colepicolo P., 2016. Biochemical modulation by carbon and nitrogen addition in cultures of *Dictyota menstrualis* (Dictyotales, Phaeophyceae) to generate oil-based bioproducts. Marine Biotechnology, 18:314–326. https://doi.org/10.1007/s10126-016-9693-9
- Groisillier A., Shao Z., Michel G., et al., 2014. Mannitol metabolism in brown algae involves a new phosphatase family. Journal of Experimental Botany, 65:559–570. https://doi.org/10.1093/jxb/ert405
- KleinJan H, Jeanthon C, Boyen C., Dittami SM., 2017. Exploring the cultivable *Ectocarpus* microbiome. Frontiers in Microbiology, 8:2456. https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.02456
- Gordillo F.J.L., Dring M.J., Savidge G., 2002. Nitrate and phosphate uptake characteristics of three species of brown algae cultured at low salinity. Marine Ecology Progress Series, 234:111–118
- Bailes IR, Gröcke DR., 2020. Isotopically labelled macroalgae: A new method for determining sources of excess nitrogen pollution. Rapid Communications in Mass Spectrometry, 34:1–11. https://doi.org/10.1002/rcm.8951
- Mussio I., Rusig A.M., 2009. Morphogenetic responses from protoplasts and tissue culture of *Laminaria digitata* (Linnaeus) J. V. Lamouroux (Laminariales, Phaeophyta): Callus and thalloid-like structures regeneration. Journal of Applied Phycology, 21:255–264. https://doi.org/10.1007/s10811-008-9359-8
- Zou D., 2005. Effects of elevated atmospheric CO2 on growth, photosynthesis and nitrogen metabolism in the economic brown seaweed, *Hizikia fusiforme* (Sargassaceae, Phaeophyta). Aquaculture, 250:726–735. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.05.014
- Polo L.K., Marthiellen M.R., Kreusch M., et al., 2014. Photoacclimation responses of the brown macroalga *Sargassum cymosum* to the combined influence of UV radiation and salinity: Cytochemical and ultrastructural organization and photosynthetic performance. Photochemistry and Photobiology, 90:560–573. https://doi.org/10.1111/php.12224
- Han T., Qi Z., Huang H., et al., 2018. Nitrogen uptake and growth responses of seedlings of the brown seaweed S*argassum hemiphyllum* under controlled culture conditions. Journal of Applied Phycology, 30:507–515. https://doi.org/10.1007/s10811-017-1216-1
- Huang R, Chen YC (2018) The hormesis effects of low-dose 60 Co gamma irradiation on high-temperature tolerance in cultivated *Sargassum horneri* (Fucales, Phaeophyceae). Journal of Applied Phycology, 30:3395–3404. https://doi.org/10.1007/s10811-018-1521-3
- Steen H., 2004. Effects of reduced salinity on reproduction and germling development in *Sargassum muticum* (Phaeophyceae, Fucales). European Journal of Phycology, 39:293–299. https://doi.org/10.1080/09670260410001712581
- Magcanta M.L.M., Calala L.R., Cabactulan F.B., et al., 2021. In vitro egg release and fertilization of *Sargassum polycystum* C . Agardh , 1824 in response to different environmental conditions. Philippine Journal of Science, 150:729–736
- Scherner F., Ventura R., Barufi J.B., Horta P.A., 2013. Salinity critical threshold values for photosynthesis of two cosmopolitan seaweed species: Providing baselines for potential shifts on seaweed assemblages. Marine Environmental Research, 91:14–25. https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2012.05.007

- Öztaşkent C., Ak İ., 2021. Effect of LED light sources on the growth and chemical composition of brown seaweed Treptacantha barbata. Aquaculture International, 29:193–205. https://doi.org/10.1007/s10499-020-00619-9
- Endo H., Okumura Y., Sato Y., Agatsuma Y., 2017. Interactive effects of nutrient availability, temperature, and irradiance on photosynthetic pigments and color of the brown alga *Undaria pinnatifida*. Journal of Applied Phycology, 29:1683–1693. https://doi.org/10.1007/s10811-016-1036-8
- Cai Y., Li G., Zou D., et al., 2021. Rising nutrient nitrogen reverses the impact of temperature on photosynthesis and respiration of a macroalga *Caulerpa lentillifera* (Ulvophyceae, Caulerpaceae). Journal of Applied Phycology, 33:1115–1123. https://doi.org/10.1007/s10811-020-02340-9
- Chemodanov A., Robin A., Golberg A., 2017. Design of marine macroalgae photobioreactor integrated into building to support seagriculture for biorefinery and bioeconomy. Bioresource Technology, 241:1084–1093. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.06.061
- Pellizzari F., Oliveira E.C., Yokoya N.S., 2008. Life-history, thallus ontogeny, and the effects of temperature, irradiance and salinity on growth of the edible green seaweed *Gayralia spp.* (Chlorophyta) from Southern Brazil. Journal of Applied Phycology, 20:75–82. https://doi.org/10.1007/s10811-007-9183-6
- Matsuo Y., Suzuki M., Kasai H., et al., 2003. Isolation and phylogenetic characterization of bacteria capable of inducing differentiation in the green alga *Monostroma oxyspermum*. Environmental Microbiology, 5:25–35. https://doi.org/10.1046/j.1462-2920.2003.00382.x
- Kerrison P., Suggett D.J., Hepburn L.J., et al., 2012. Effect of elevated pCO2 on the production of dimethylsulphoniopropionate (DMSP) and dimethylsulphide (DMS) in two species of Ulva (Chlorophyceae). Biogeochemistry 110:5–16. https://doi.org/10.1007/s10533-012-9707-2
- Chen Y.C., 2011. The hormesis of the green macroalga *Ulva fasciata* with low-dose 60cobalt gamma radiation. Journal of Phycology, 47:939–943. https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2011.01018.x
- Vesty E.F., Kessler R.W., Wichard T., Coates J.C. (2015) Regulation of gametogenesis and zoosporogenesis in *Ulva linza* (Chlorophyta): Comparison with *Ulva mutabilis* and potential for laboratory culture. Front Plant Sci 6:1–8. https://doi.org/10.3389/fpls.2015.00015
- Spoerner M., Wichard T., Bachhuber T., et al., 2012. Growth and thallus morphogenesis of *Ulva mutabilis* (Chlorophyta) depends on a combination of two bacterial species excreting regulatory factors. Journal of Phycology, 48:1433–1447. https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2012.01231.x
- Gupta V., Bijo A.J., Kumar M., et al., 2012. Detection of epigenetic variations in the protoplast-derived germlings of *Ulva reticulata* using methylation sensitive amplification polymorphism (MSAP). Marine Biotechnology 14:692–700. https://doi.org/10.1007/s10126-012-9434-7
- Fernández-Díaz C., Coste O., Malta E., 2017. Polymer chitosan nanoparticles functionalized with *Ulva ohnoi* extracts boost in vitro ulvan immunostimulant effect in *Solea senegalensis* macrophages. Algal Research, 26:135–142. https://doi.org/10.1016/j.algal.2017.07.008
- https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Dictyota_adnata.jpg
- http://cfb.unh.edu/phycokey/phycokey.htm
- https://www.biodiversidadcanarias.es/biota/especie/E03247
- https://www.algaebase.org/
- Ibraheem, I. B. M., Alharbi, R. M., Abdel-Raouf, N., & Al-Enazi, N. M. (2014). Contributions to the study of the marine algae inhabiting Umluj Seashore, Red Sea. Beni-suef University Journal of Basic and Applied Sciences, 3(4), 278-285
- Yang, M. Y., Macaya, E. C., & Kim, M. S. (2015). Molecular evidence for verifying the distribution of Chondracanthus chamissoi and C. teedei (Gigartinaceae, Rhodophyta). Botanica Marina, 58(2), 103-113.
- Nauer, F., Naves, M., Plastino, E. M., Oliveira, M. C., & Fujii, M. T. (2020). Ecotypes of Hypnea pseudomusciformis (Cystocloniaceae, Rhodophyta) revealed by physiological, morphological, and molecular data. Journal of Applied Phycology, 32(6), 4399-4409.
- Ibraheem, I. B. M., Alharbi, R. M., Abdel-Raouf, N., & Al-Enazi, N. M. (2014). Contributions to the study of the marine algae inhabiting Umluj Seashore, Red Sea. Beni-suef University Journal of Basic and Applied Sciences, 3(4), 278-285.
- Kavale, M. G., Kazi, M. A., & Sreenadhan, N. (2015). *Pyropia acanthophora* var. *robusta* var. nov.(Bangiales, Rhodophyta) from Goa, India.
- Zhang, Y., Yan, X. H., & Aruga, Y. (2013). The sex and sex determination in *Pyropia haitanensis* (Bangiales, Rhodophyta). Plos One, 8(8), e73414.
- Camacho, O., Mattio, L., Draisma, S., Fredericq, S., & Diaz-Pulido, G. (2015). Morphological and molecular assessment of *Sargassum* (Fucales, Phaeophyceae) from Caribbean Colombia, including the proposal of *Sargassum giganteum* sp. nov., *Sargassum schnetteri* comb. nov. and *Sargassum* section Cladophyllum sect. nov. Systematics and Biodiversity, 13(2), 105-130.
- Wichard, T. (2015). Exploring bacteria-induced growth and morphogenesis in the green macroalga order Ulvales (Chlorophyta). Frontiers in Plant Science, 6, 86.

Autores e contribuições

Johana Marcela Concha Obando, Thalisia Cunha e Diana Negrão Cavalcanti: Conceptualização. Johana Marcela Concha Obando, Thalisia Cunha: Metodologia, Redação, Elaboração da versão original, Análise dos dados, Redação, Revisão, Edição e Revisão crítica. Diana Negrão Cavalcanti, Elisabete Barbarino e Roberto Carlos Campos Martins: Revisão crítica e supervisão. Diana Negrão Cavalcanti: Aquisição de financiamento.